

Relatório Final de Estágio

Mestrado Integrado em Medicina Veterinária

**OURIÇO-CACHEIRO (*Erinaceus europaeus*)**

**Abordagem clínica a um paciente difícil**

Ana Luísa Penso Vieira Marques

Orientador:

**Prof. Doutor Augusto Manuel Rodrigues Faustino**

Co-Orientadora:

**Dra. Vanessa Alexandra Vieira Soeiro**

Porto 2016

Relatório Final de Estágio

Mestrado Integrado em Medicina Veterinária

**OURIÇO-CACHEIRO (*Erinaceus europaeus*)**

**Abordagem clínica a um paciente difícil**

Ana Luísa Penso Vieira Marques

Orientador:

**Prof. Doutor Augusto Manuel Rodrigues Faustino**

Co-Orientadora:

**Dra. Vanessa Alexandra Vieira Soeiro**

Porto 2016

इच्छा ज्ञान क्रिया शक्ति

*Ichchha, Jnyaan, Kriya Shakti*

**“Que a vontade aliada ao conhecimento possa iluminar o caminho da realização!”**

*Tattva indiano*

## Resumo

A presente investigação consiste num estudo exploratório que teve como principal objetivo compreender a abordagem e os procedimentos a efetuar quando nos deparamos com um ouriço-cacheiro (*Erinaceus europaeus*) na prática clínica, bem como em tentar determinar os valores de referência para os exames complementares mais comuns e importantes na prática clínica.

Neste estudo foram analisados 18 ouriços através da recolha de amostras de sangue, urina e fezes, da otimização da imagem radiográfica para a espécie e das medições de frequências respiratórias quando em repouso e quando anestesiados, de temperatura rectal quando anestesiados e de peso e comprimentos de corpo, superfície plantar posterior e mandíbula.

As amostras de sangue foram recolhidas e enviadas para o laboratório CEDIVET – Centro de Diagnóstico Veterinário – para avaliação de hemograma e bioquímica sérica. A urina foi analisada com tiras reativas de urina Urantest 11C® e sua densidade medida com um refratómetro. As amostras de fezes foram submetidas aos exames coprológicos Técnica de McMaster, Método de Flutuação, Método de Sedimentação Natural e Técnica de Baermann – Moraes modificada, tendo-se observado a presença dos parasitas *Isospora* spp. em 8 animais, *Capillaria* spp. em 7 e *Crenosoma striatum* em 7. A visualização radiográfica dos indivíduos obteve melhores resultados com uma exposição de 60 KV e 1 mAs. A frequência respiratória avaliada nos animais anestesiados desceu, em média, cerca de 1/3 do valor obtido na medição da frequência em repouso e verificou-se uma diminuição da temperatura nos animais sob anestesia, comparativamente com o valor normal apontado na literatura. A informação sobre a data de entrada dos animais aliada à recolha das biometrias destes, permitiu concluir que todos os indivíduos da amostra eram adultos.

Seria interessante realizar este tipo de estudos com um maior número de amostras, na medida em que se trata de um mamífero muito comum no nosso território e não foi encontrada informação relativa a esta espécie em Portugal.

## **Agradecimentos**

Primeiramente, gostaria de demonstrar toda a minha gratidão aos meus pais e ao meu irmão por tudo o que representam na minha vida, por estarem presentes em todos os momentos, por me terem apoiado em todas as decisões e por me terem ensinado o que é amar incondicionalmente.

Quero também agradecer a toda a minha família, em especial ao meu sobrinho por ter a capacidade de me alegrar e fazer sorrir, mesmo nos momentos mais complicados; e a todos os meus amigos, principalmente à Joana e à Inês.

À Salomé, por tudo, por seres parte de mim!

Ao Filipe, por me ajudares a crescer e a não ter medo de experienciar; serei eternamente grata por os nossos caminhos se terem entrelaçado, a nossa lua será sempre azul!

Gostaria também de agradecer a todas as pessoas que contribuíram na realização do meu estágio:

Ao Prof. Augusto Faustino, meu orientador, por todo o apoio e conselhos dados, por me incentivar e por me mostrar que há sempre uma alternativa!;

À Dra. Vanessa Soeiro, minha co-orientadora, por me ter recebido no Centro, pela simpatia, pela paciência, pela dedicação e por tudo o que me ensinou;

A todo o pessoal do Parque Biológico de Gaia, em especial à Dra. Sara Lóio, por toda a ajuda e esclarecimentos prestados, por todo o acompanhamento, pela boa disposição e pelo carinho demonstrado, e também à Alexandra e à Rita;

À Cedivet e, em especial ao Dr. Hugo Carvalho, por toda a disponibilidade e boa vontade demonstrada;

E à Dra. Luísa Guardão pela oportunidade de fazer consultas de exóticos no ICBAS, e desta forma abrir caminho para um “mundo” diferente.

À Aysha, ao Mixu, à Apsarah, ao Kaiser e à Miuki, e a todos os animais selvagens que se cruzaram comigo e me ajudaram no meu percurso.

Grata de coração a todos!

## Índice

Resumo.....	iv
Agradecimentos.....	v
Índice.....	vi
Abreviaturas .....	viii
1. Introdução .....	1
2. Ouriço-cacheiro ( <i>Erinaceus europaeus</i> , Linnaeus, 1758) .....	2
2.1. Taxonomia e distribuição geográfica .....	2
2.2. Aspectos mais relevantes da sua biologia .....	3
2.3. Habitat e alimentação .....	4
2.4. Parasitismo interno .....	5
3. Materiais e Métodos .....	6
3.1. Caracterização da amostra .....	6
3.2. Metodologia .....	6
3.2.1. Colheita de sangue .....	7
3.2.2. Biometrias .....	8
3.2.3. Frequência respiratória e temperatura do ouriço anestesiado .....	8
3.2.4. Colheita de urina .....	9
3.2.5. Raio - X .....	10
3.2.6. Colheita de fezes .....	10
4. Resultados .....	13
4.1. Hemograma e bioquímica .....	14
4.2. Biometrias .....	14
4.3. Frequência Respiratória e Temperatura rectal .....	15
4.4. Urina .....	15
4.5. Raio-X.....	17
4.6. Fezes .....	17
5. Discussão.....	18
5.1 Bioquímica .....	19
5.2. Biometrias .....	19
5.3. Frequência Respiratória e Temperatura rectal .....	20
5.4. Urina .....	20
5.5. Fezes .....	21
6. Conclusão .....	22
7. Outras atividades desenvolvidas durante o período de estágio .....	23
8. Conclusão final .....	26

9. Bibliografia.....	27
10. Anexos .....	30

## **Abreviaturas**

**°C** – Graus Celsius

**cm** – Centímetro

**G** – Gauges

**g** – Grama

**Kg** - Quilograma

**KV** - Quilovoltagem

**mAs** – Miliamperagem por segundo

**mg** - Miligrama

**ml** – Mililitro

**mm** - Milímetro

**PO** – Via oral (*per os*)

**rpm** – Respirações por minuto

**SID** – Uma vez por dia (*semel in die*)



## 1. Introdução

O presente relatório enquadra-se no âmbito do estágio curricular por mim desenvolvido no Centro de Recuperação de Fauna Selvagem do Parque Biológico de Gaia entre os meses de março e junho de 2016. O meu desejo e vontade de construir um percurso profissional na área de animais selvagens, aliado ao facto de esta área não ser abordada durante os 5 anos do curso foram os principais fatores que influenciaram a escolha do local para a realização do estágio.

O Centro de Recuperação tem uma importância vital na manutenção das espécies de animais selvagens, uma vez que procede à receção, avaliação de estado geral e prestação de tratamento de animais encontrados em bom estado geral, debilitados, feridos ou órfãos com o objetivo final de devolvê-los à natureza. Sempre que a reintrodução no meio selvagem não é possível, e após avaliação individual de cada caso, é realizada eutanásia, introdução na coleção de animais do parque, transferência para outro centro de recuperação ou cedidos a outro parque e, no caso dos exóticos, a adoção é o objetivo final. Só no ano de 2015 deram entrada no Centro 2581 animais, sendo que a Classe das Aves representou 78,4 % da totalidade; a maioria dos animais acolhidos foram encontrados feridos (33%) e foi possível devolver à natureza 52,1% do total de animais selvagens ingressados (Centro de Recuperação de Fauna Selvagem do Parque Biológico de Gaia, 2015).

A escolha do ouriço-cacheiro (*Erinaceus europaeus*) para o desenvolvimento deste estudo não foi aleatória. Sendo que apresento uma preferência por mamíferos, na altura do início do estágio levantei informação, junto da Veterinária responsável pelo Centro, a Dra. Vanessa Soeiro, acerca da espécie de mamíferos que, normalmente, regista maior número de entradas, para assim poder desenvolver um estudo com uma quantidade de amostras aceitável. Em 2015, entre os 91 animais pertencentes à Classe dos Mamíferos que deram entrada no Centro, 54 eram ouriços (Centro de Recuperação de Fauna Selvagem do Parque Biológico de Gaia, 2015).

O ouriço é um mamífero insectívoro de hábitos noturnos. É um animal antigo, estimando-se que exista no planeta há cerca de 15 milhões de anos, muito antes do rinoceronte-lanudo ou do mamute (Morris, 2014). Antigamente, no sul de Portugal era capturado para fins gastronómicos, atribuindo-lhe o nome “Porco da serra” (Gaspar, 2011). Nos anos 90, a marca de jogos de computador SEGA® criou a personagem “Sonic the hedgehog”, um ouriço azul.

A sua aparência peculiar torna a sua identificação bastante fácil. O seu corpo, com exceção da cabeça, zona ventral, membros e cauda, está coberto por pelos modificados, os espinhos. Tem um sentido de visão pouco apurado, contrariamente ao olfato e à audição.

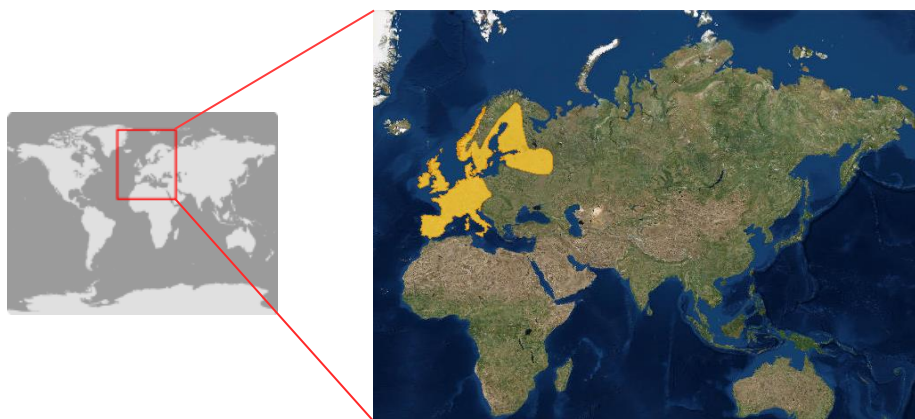
## 2. Ouriço-cacheiro (*Erinaceus europaeus*, Linnaeus, 1758)

### 2.1. Taxonomia e distribuição geográfica

O ouriço pertence à família Erinaceidae e à subfamília Erinaceinae, da qual fazem parte os géneros *Atelerix*, *Erinaceus*, *Hemiechinus*, *Mesechinus* e *Paraechinus*.

O género *Erinaceus*, constituído pelas espécies *Erinaceus amurensis*, *E. concolor*, *E. europaeus* e *E. roumanicus*, distribui-se por todo o continente europeu e parte do continente asiático.

O *Erinaceus europaeus* (Linnaeus, 1758) – ouriço de peito castanho – é a espécie que habita em Portugal. A sua distribuição ocorre por toda a Europa ocidental, no sul dos países escandinavos e na Rússia. No século dezanove foi introduzido na Nova Zelândia (Morris, 2014).



**Figura 1.** Distribuição geográfica da espécie *Erinaceus europaeus* (<http://www.iucnredlist.org>, modificada)

As espécies *E. roumanicus* e *E. concolor* – ouriços de peito branco – são habitantes da Europa oriental; o primeiro ocupa uma área mais a norte e o segundo mais a sul, estendendo-se também até à Ásia.



**Figuras 2 e 3.** Distribuição geográfica *E. roumanicus* (esq) e *E. concolor* (dta) (<http://www.iucnredlist.org>)

O *E. amurensis* é o único membro do grupo que não ocupa território europeu, estando restrito ao continente asiático.

## 2.2. Aspectos mais relevantes da sua biologia

O ouriço adulto pesa entre 800 e 1200 gramas (Bexton & Robinson, 2003). O peso varia sazonalmente, verificando-se um valor mais baixo imediatamente após a hibernação e mais alto antes da mesma. A hibernação é uma estratégia de conservação de energia face às circunstâncias ambientais e disponibilidade de alimento, que melhora a sobrevivência dos indivíduos. No decorrer deste processo há uma redução da temperatura corporal dos 35 °C para os 10 °C ou menos, dependendo do meio circundante, e a frequência cardíaca diminui de 200-280 para menos de 20 batimentos por minuto. Desta forma há uma poupança de energia de cerca de 90% (Morris, 2014).



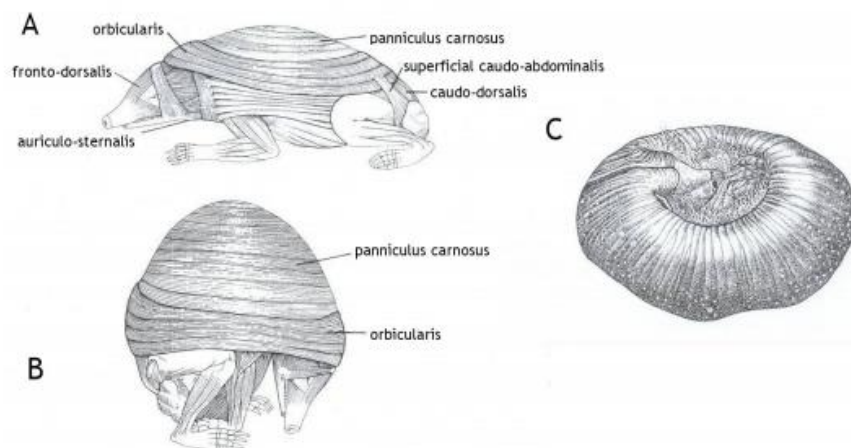
**Figura 4.** Ouriço-cacheiro (*Erinaceus europaeus*) (fotografia original)

O comprimento do corpo, do focinho à base da cauda, varia entre os 20 centímetros e os 30 centímetros, a cauda mede em média 2 centímetros, os membros 10 centímetros e a superfície plantar posterior 3 a 4 centímetros. A superfície plantar anterior é menor em comprimento, mas mais larga e, por isso, há uma diferenciação clara entre as pegadas (são animais plantígrados) (Morris, 2014).

A distinção sexual só é possível através da observação dos órgãos genitais externos: no macho o prepúcio encontra-se a meio da parede ventral e na fêmea a vulva está imediatamente cranial ao ânus. A época reprodutiva ocorre entre os meses de abril/maio e setembro/outubro (Bexton & Robinson, 2003), sendo que a gestação nesta espécie tem a duração de 31 a 39 dias (Reeve, 1994 citado em Bexton & Robinson, 2003).

Um ouriço adulto tem entre 3500 a 7000 espinhos, com 2 a 3 centímetros de comprimento e 2 milímetros de diâmetro (Morris, 2014). Cada espinho está ligado ao seu próprio músculo, capacitando-o de movimentação independente da dos outros (<http://www.wildlifeonline.me.uk>).

Outra característica invulgar que este animal apresenta é a capacidade de se enrolar sobre si mesmo, o que é possível devido à presença de músculos especializados no dorso, nomeadamente os músculos *orbicularis* e *panniculus carnosus*.



**Figura 5. (A)** Vista geral dos músculos envolvidos no processo de enrolamento. **(B)** Ouriço parcialmente enrolado. Músculos sobrepõem cabeça, ombros e cauda. **(C)** Ouriço parcialmente enrolado. Quando completamente enrolado, a cabeça e os membros não são visíveis (Reeve, 1994 citado em Pfäffle, 2010)

Estas duas particularidades são a base do seu mecanismo de defesa contra predadores (Hof *et al.*, 2012): quando se sente ameaçado fica imobilizado, enrola-se e os pelos ficam eretos. O grande problema deste tipo de defesa (passiva) é o facto de os deixarem bastante vulneráveis a atropelamentos. Na Europa, o ouriço é um dos mamíferos com mais mortes causadas por acidentes rodoviários (Haigh *et al.*, 2014).

Uma outra forma de defesa, mais ativa mas muito menos utilizada, consiste na realização de saltos verticais com os pelos eretos (Pfäffle, 2010).

### 2.3. Habitat e alimentação

O ouriço é um animal que está adaptado a uma grande variedade de habitats, sendo influenciado por alterações climáticas, alterações na estrutura do habitat, pela disponibilidade de alimento e presença de competidores ou predadores, como o texugo (Hof *et al.*, 2012). Podem ser encontrados em campos de cultivo, parques, zonas pantanosas, áreas urbanas, florestas e charnecas (Poel *et al.*, 2015).

Um estudo realizado por Hubert *et al.* (2011) conclui que, nos dias de hoje, há uma maior densidade de ouriços em zonas urbanas, comparativamente com os meios rurais, o que pode ser justificado pela abundância de alimento e água, pela existência de vários tipos de abrigo e pela ausência de predadores naturais nestas áreas (Adams & Ash, 2006 citado em Hubert *et al.*, 2011).

Sendo animais insectívoros, a base da sua alimentação consiste em pequenos animais como a lagartixa e invertebrados como os besouros, os caracóis e as minhocas (Wroot, 1985 citado em Rautio *et al.*, 2016).

Com a migração destes animais para ambientes mais urbanos a alimentação sofreu alterações, verificando-se que alimentos de origem humana (peixe, leite) (Rautio *et al.*, 2016) e ração de animais domésticos, como o cão e o gato (Hubert *et al.*, 2011), passaram a fazer parte da sua dieta.

## 2.4. Parasitismo interno

O ouriço é acometido por uma variedade de infeções parasitárias, bacterianas (Riley & Chomel, 2005; Keymer *et al.*, 1991 citado em Hajipour, 2015) e virais (Pfäffle, 2010).

Os principais endoparasitas encontrados nesta espécie são:

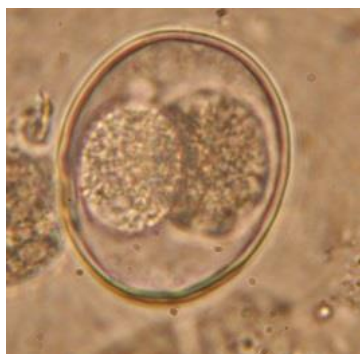
(a) *Crenosoma striatum*, nemátode pulmonar espécie-específico que provoca broncopneumonia quando presente em quantidades consideráveis (Rautio *et al.*, 2016);

(b) *Capillaria* spp., nemátodes de entre os quais se distingue a *Capillaria aerophila* presente no trato respiratório e passível de causar traqueítes e as *Capillaria erinacei* e *C. ovoreticulata* que são intestinais e que apresentam baixa patogenicidade, embora possam provocar, em alguns animais, diarreia verde mucóide, letargia e perda de peso;

(c) *Brachylaemus erinacei*, tremátode que em infeções graves pode causar uma enterite hemorrágica grave e que pode ser fatal;

(d) *Moniliformis erinacei*, acantocéfalo presente nos intestinos e no mesentério que em casos de parasitismo intenso pode causar diarreia, perda de peso e a morte do animal;

(e) *Isospora rastegaiev* e *I. erinacei* são protozoários cujos oocistos são comumente encontrados nas fezes de ouriço, mas sem significado clínico na maior parte dos casos; quando presente, a sintomatologia consiste em inapetência, emaciação e diarreia hemorrágica (Bexton & Robinson, 2003).



**Figura 6.** Oocisto esporulado de *Isospora* spp (<http://www.pet-informed-veterinary-advice-online.com/fecal-flotation.html>)

### 3. Materiais e Métodos

O trabalho realizado com os ouriços teve como principal objetivo compreender qual a melhor abordagem a ter quando nos deparamos com um, seja a nível de exame físico, recolha de sangue ou realização de uma radiografia, por exemplo, bem como tentar encontrar os valores de referência para os sinais e exames complementares mais usados nesta espécie.

#### 3.1. Caracterização da amostra

Foram analisados um total 18 ouriços, 8 fêmeas e 10 machos, todos eles provenientes de áreas urbanas ou semi-urbanas dos distritos de Aveiro (2 animais) e do Porto (16 animais).

De entre os 18 ouriços, 5 deram entrada no último semestre do ano de 2015 em idade juvenil, tendo passado o inverno no Centro de Recuperação; 9 foram entregues no centro por terem sido avistados durante o dia ou em zonas consideradas de risco, encontrando-se em bom estado geral de saúde; 2 deram entrada através da Associação Amigos Picudos, provenientes de cativeiro ilegal; 1 entrou debilitado, acabando por morrer e 1 deu entrada com um ferimento antigo e extenso com miasas e com invasão da cavidade abdominal, tendo-se procedido à eutanásia do animal.

#### 3.2. Metodologia

Como referido anteriormente, o mecanismo de defesa do ouriço consiste em enrolar todo o seu corpo com os espinhos eretos, tornando o seu manuseamento e a avaliação do estado geral desafiante. Como tal, numa fase inicial, para ser possível a observação dos animais e a recolha de amostras foi necessário recorrer a anestesia geral com isoflurano a uma concentração de 5% na indução e entre 1,5 e 2% na manutenção, dependendo do animal.

Em anexo, pode ser consultado um esquema representativo dos passos realizados para exame e recolha de amostras (Anexo III, Esquema 1).



**Figuras 7 e 8.** Indução com isoflurano em câmara (esq). Manutenção com isoflurano (dta) (Fotografias originais)



### 3.2.1. Colheita de sangue

O objetivo principal da colheita e análise de sangue no ouriço foi a comparação dos resultados obtidos com os valores de referência, cuja informação é muito escassa nesta espécie. Para isso a amostra foi avaliada como um todo, recorrendo-se à média dos valores obtidos.

Previamente à recolha, todos os animais foram pesados, uma vez que o volume de sangue recolhido em cada animal correspondeu a 0,1% do seu peso, ou seja, num animal de 500 gramas de peso vivo foram retirados no máximo 0,5 ml de sangue.

A veia safena medial é o vaso de escolha para a recolha de sangue no ouriço (Lewis *et al.*, 2002 citado em <http://wildpro.twycrosszoo.org>), contudo na prática o uso da veia safena lateral forneceu melhores resultados, uma vez que é mais visível e de maior calibre na maior parte dos casos. Para recolha na veia safena lateral o animal é colocado em decúbito ventral com o membro posterior esticado.

Em animais com menos de 500 gramas a agulha usada foi a de 27 G (cinzenta) e para animais com maior peso a de 25 G (cor-de-laranja). Inicialmente a recolha foi feita apenas com a de 25 G, mas averiguou-se que em animais mais pequenos havia maior risco de colapso do vaso e de hematoma.

Uma vez que o peso de um ouriço é baixo e o volume necessário para exames de hemograma e bioquímica é maior do que o volume máximo que pode ser recolhido de uma só vez, foi necessário proceder a 2 colheitas para cada animal, com 4 a 5 dias de intervalo.

Logo após a primeira colheita foram feitos 2 esfregaços sanguíneos de cada animal, algumas gotas foram destinadas ao banco de tecidos do Centro de Recuperação e o sangue restante foi transferido para um tubo com heparina.

Todas as amostras de sangue foram analisadas (realização de hemograma e bioquímica sérica) pelo laboratório de análises veterinárias Cedivet – Centro de Diagnóstico Veterinário.

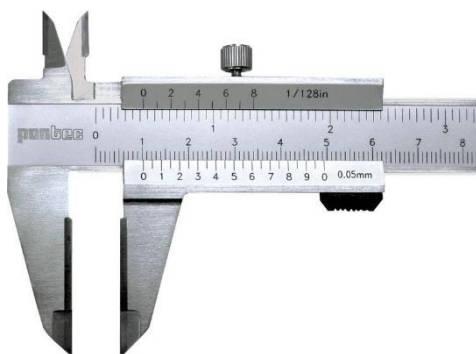
Em última instância, sempre que o acesso à veia safena lateral não foi possível, em animais com maior depósito de gordura por exemplo, o sangue foi recolhido da jugular, da safena medial ou da cefálica.

Nos primeiros animais analisados, a colheita de sangue foi feita numa fase final do exame, mas verificou-se alguma dificuldade em aceder aos vasos, uma vez que o isoflurano provoca uma diminuição da resistência vascular periférica (Klide, 1976; Jones & Snowson, 1986 citado em Filho *et al.*, 1995) com consequente hipotensão e hipovolemia. Optou-se, então, por fazer a colheita no início do exame, para minimizar os efeitos do isoflurano na anestesia mais demorada.

### 3.2.2. Biometrias

Segundo Haigh *et al.* (2013) a distinção entre animais juvenis (antes da primeira hibernação) e adultos (após a primeira hibernação) pode ser feita tendo como base a existência de uma correlação significativa entre o peso e o comprimento da superfície plantar posterior, assim como entre o peso e o comprimento do corpo (do focinho ao ânus) e o peso e o comprimento da mandíbula. Neste estudo todos os animais em idade juvenil apresentaram as seguintes medidas: corpo – inferior a 16 cm; superfície plantar posterior – inferior a 3,6 cm e mandíbula – inferior a 4,5 cm.

Posto isto, todos os animais foram sujeitos a medições que incluíram, além do peso medido no início do exame, os comprimentos da superfície plantar posterior, da mandíbula e do corpo com o auxílio de um paquímetro e de uma régua.



**Figura 9.** Exemplo de paquímetro utilizado para medição dos comprimentos da superfície plantar posterior e da mandíbula (<http://paquimetro.reguaonline.com/>)

### 3.2.3. Frequência respiratória e temperatura do ouriço anestesiado

A frequência respiratória normal de um ouriço varia entre 20 a 25 rpm (Bexton & Robinson, 2003).

A anestesia geral induz depressão do sistema nervoso central. Essa depressão é progressiva, passando por 4 estádios: (a) Estádio I ou estágio de movimento voluntário – relativo ao intervalo de tempo entre a administração do anestésico e a perda de consciência; (b) Estádio II ou estágio de movimento involuntário – período de tempo entre a perda de consciência e o início de um padrão respiratório regular; (c) Estádio III ou estágio de anestesia cirúrgica – neste estágio há perda de consciência e depressão progressiva dos reflexos e (d) Estádio IV – ocorre depressão intensa do sistema do sistema nervoso central e o animal entra em apneia (Costa & Alexandre, 2011).



Após se verificar que alguns dos ouriços anestesiados entravam facilmente em apneia, sendo necessário compressão manual do toráx, mesmo com anestesia de manutenção (isoflurano a 2%), a frequência respiratória foi medida, através da visualização dos movimentos respiratórios, no estágio III da anestesia e no animal em repouso, de forma a compreender se o animal entrava em apneia ou se a frequência respiratória decrescia de forma acentuada e, assim, proceder a uma melhor monitorização durante a anestesia. Nestes animais, alterou-se a anestesia de manutenção para isoflurano a 1,5%.

A temperatura rectal normal nesta espécie é de cerca de 35 °C (Bexton & Robinson, 2003). A sua medição só foi possível ser executada com o animal anestesiado, pois de outra forma ele assume automaticamente a postura de defesa. O objetivo desta



**Figura 10.** Termómetro utilizado (fotografia original)

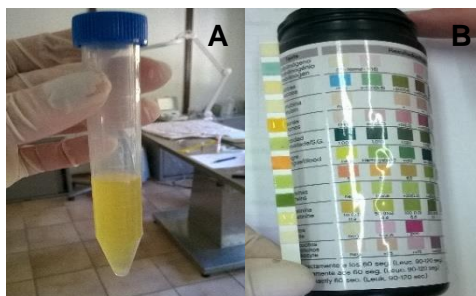
avaliação foi monitorizar a temperatura corporal, uma vez que a anestesia pode induzir hipotermia nos animais (Moens & Coppens, 2007). Este parâmetro foi estimado com recurso a um termómetro digital.

### 3.2.4. Colheita de urina

Com o animal ainda anestesiado foi feita palpação abdominal e após reconhecimento da bexiga com urina realizou-se compressão manual para um tubo Falcon®.

Todas as amostras foram testadas com tiras reativas de urina Uranotest 11C® para a deteção semi-quantitativa na urina de urobilinogénio, glucose, corpos cetónicos, sangue, pH, proteína, creatinina, nitritos e leucócitos. As densidades urinárias foram medidas no refratómetro.

Estes procedimentos foram realizados com o objetivo principal de reconhecer um padrão para esta espécie nos valores obtidos, uma vez que a informação acerca deste assunto é praticamente inexistente.



**Figura 11.** (A) Urina recolhida para tubo Falcon® de 14ml; (B) Análise de urina com fita reativa (Fotografias originais)

Não foi possível efetuar a análise do sedimento, uma vez que a centrífuga não separava os componentes da amostra, possivelmente devido ao facto do volume de urina recolhido, na maior parte dos animais, ser reduzido (entre 0,5 e 1 ml).

### 3.2.5. Raio-X

Em último lugar procedeu-se ao exame radiográfico, com o animal anestesiado, embora já sem máscara. As projeções usadas foram a dorsoventral e a lateral direita. A miliamperagem por segundo (mAs) e a quilovoltagem (KV) foram ajustadas para esta espécie por tentativa-erro até se ter obtido uma otimização da imagem radiográfica.

### 3.2.6. Colheita de fezes

As fezes de cada animal foram recolhidas frescas e imediatamente analisadas. Foram utilizadas 4 técnicas coprológicas: (a) exame McMaster para a contagem de ovos por grama de fezes; (b) Método de Flutuação para pesquisa de ovos de Nemátodes e oocistos de coccídeos; (c) Método de Sedimentação Natural para a pesquisa de ovos de Tremátodes e Acantocéfalos e (d) técnica de Baermann-Moraes modificada para a pesquisa de parasitas pulmonares. O exame (a) é de natureza quantitativa enquanto que os restantes são qualitativos.

Para os exames McMaster, Flutuação e Sedimentação procedeu-se, numa primeira fase, à diluição de 2 g de fezes em 28 ml de água saturada com sal grosso de cozinha e a mistura foi homogeneizada, obtendo-se um volume total de 30 ml, que foi posteriormente filtrada com o auxílio de uma compressa.

#### 3.2.6.1. Técnica de McMaster

Com o auxílio de um cateter plástico acoplado a uma seringa, a mistura ainda homogeneizada foi introduzida em cada um dos compartimentos da câmara de McMaster e deixou-se a repousar 5 minutos para que os ovos aderissem à grelha. Após o tempo de espera procedeu-se à visualização da câmara no microscópio ótico na ampliação de 100x. As 10 linhas das grelhas de cada compartimento foram focadas e contou-se o número de ovos presentes dentro de cada grelha (os ovos visualizados fora das margens da grelha não são contados).



**Figura 12.** Técnica de McMaster (fotografia original)

A câmara de McMaster utilizada - Marienfeld® - tem 3 compartimentos, mas a técnica foi realizada usando apenas 2. Cada compartimento tem capacidade para 0,15 ml, uma vez que apresenta uma área de 10 mm x 10 mm e 1,5 mm de profundidade (informação do produto em <http://www.marienfeld-superior.com/index.php/counting-chambers/articles/counting-chambers-mcmaster-with-3-grids.html>). Assim sendo, o volume total analisado foi de 0,30 ml que corresponde a 1/100 do volume total da amostra inicial (30 ml).

Para o cálculo do número de ovos por grama de fezes (OPG) foram somados os ovos dos dois compartimentos e multiplicados por 50 (100 dividido por 2 gramas de fezes).

#### **3.2.6.2. Método de Flutuação**

Esta técnica foi realizada para pesquisa de ovos de nemátodes e oocistos de coccídeas e tem como base o facto de a solução saturada de sal usada ter uma densidade superior à dos ovos destes parasitas, o que faz com que estes flutuem.

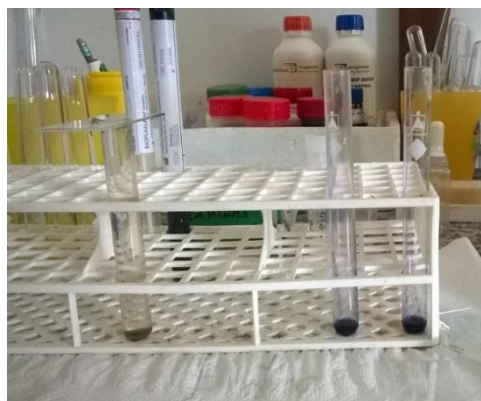
Para a realização deste passo, verteu-se a solução homogeneizada (a mesma utilizada para a técnica de McMaster) para um tubo de ensaio até o aparecimento de um menisco convexo no topo do tubo. Por cima do menisco colocou-se uma lâmina para que os ovos e oocistos aderissem a esta.

Passados 20 minutos retirou-se a lâmina, colocou-se uma lamela sobre a lâmina e observou-se ao microscópio ótico. Inicialmente percorreu-se a lâmina na ampliação de 100x para identificação dos ovos de nemátodes e depois na de 400x para confirmação da presença de oocistos de coccídeas.

#### **3.2.6.3. Método de Sedimentação Natural**

O Método de Sedimentação Natural foi o último passo realizado com a solução homogeneizada e tinha como objetivo a pesquisa de ovos de tremátodes e de acantocéfalos que, sendo mais pesados que os de nemátodes, não flutuam.

Para a realização deste método deixou-se sedimentar o conteúdo do tubo de ensaio usado para a técnica de Flutuação e depois descartou-se o sobrenadante, ficando apenas o sedimento. Ao sedimento adicionou-se 2 gotas de azul de metileno e com ajuda de uma pipeta Pasteur colocou-se 1 gota desta solução numa lâmina, cobriu-se com uma lamela e observou-se ao microscópio ótico na ampliação de 100x.



**Figura 13.** Método de Flutuação (tubo de ensaio à esquerda) e Método de Sedimentação (2 tubos de ensaio à direita) (fotografia original)

#### **3.2.6.4. Técnica de Baermann-Moraes modificada**

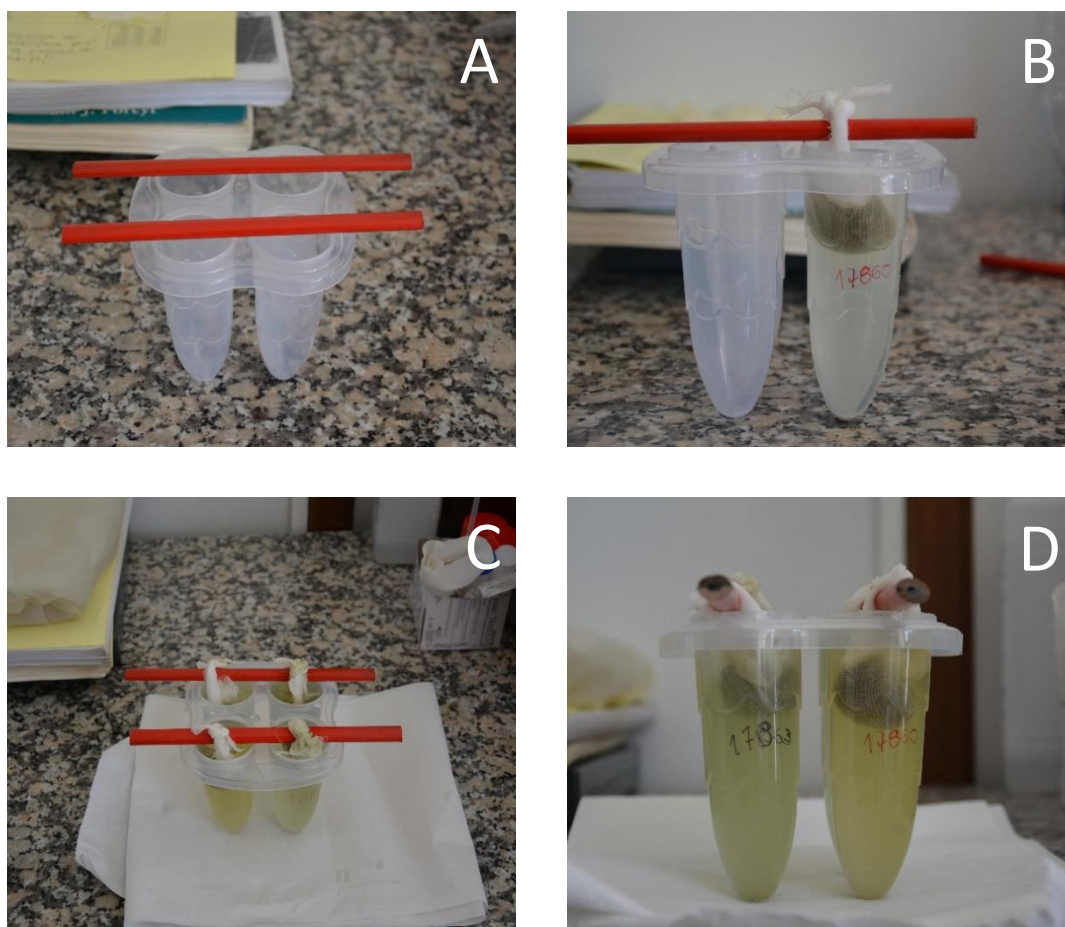
O recurso a esta técnica teve como objetivo a observação de nemátodes pulmonares.

Uma vez que não havia acesso a material padronizado para a realização desta técnica, o material usado para o processamento de cada amostra consistiu em um recipiente de plástico cónico, uma compressa, uma pipeta Pasteur e 1 lápis de carpinteiro que funcionou como suporte.

Inicialmente, envolveu-se cerca de 5 g de fezes numa compressa formando uma estrutura fechada com as fezes no interior e colocou-se no recipiente cónico suspensa pelo lápis. Ao recipiente adicionou-se água tépida em volume suficiente para que a estrutura ficasse totalmente imersa. Esta preparação permaneceu durante 24 horas à temperatura ambiente.

Decorridas as 24 horas, retirou-se a estrutura e o conteúdo do recipiente ficou a sedimentar por mais 20 minutos. Findo este tempo, descartou-se o sobrenadante e com ajuda da pipeta Pasteur colocou-se uma gota do sedimento numa lâmina, cobriu-se com uma lamela e observou-se ao microscópio ótico na ampliação de 100x.

Na interpretação de cada lâmina considerou-se uma carga parasitária baixa quando o número de parasitas era inferior a 20, uma carga parasitária média quando o número de parasitas era igual ou superior a 20 e inferior a 100 e, uma carga parasitária alta quando se contavam na lâmina 100 ou mais parasitas.



**Figura 14. (A), (B), (C) e (D) Técnica Baermann-Moraes (fotografias originais)**

#### **4. Resultados**

Uma vez que 1 dos 18 animais (indivíduo 16) morreu durante o estudo, não se obteve informação acerca de comprimento do corpo, da superfície plantar posterior e da mandíbula, da frequência respiratória, da temperatura e da urina desse indivíduo. Do animal que foi eutanasiado (indivíduo 13) não foi possível recolher amostras de urina e fezes nem medir a temperatura e frequências respiratórias; em 1 animal (indivíduo 3) a temperatura não foi registada e num outro (indivíduo 2) a colheita de urina não foi possível, pois sempre que esteve sob anestesia encontrava-se com a bexiga vazia.

#### 4.1. Hemograma e bioquímica

Devido a questões relacionadas com datas de processamento de amostras, os resultados de hemograma e a sua discussão não vão ser apresentados neste trabalho.

Na tabela que se segue são apresentados os resultados obtidos para cada parâmetro de bioquímica avaliado e os respetivos valores de referência (os resultados individuais de cada animal podem ser consultados em anexo):

Bioquímica	Unid.	N	Média	Desvio padrão	Mediana	Mín	Máx	VR <sup>1</sup>	VR <sup>2</sup>
Ureia	mg/dl	18	93,3	64,2	79,4	36,7	336,8	17,4 – 76,3	47,4 – 124,3
Creatinina	mg/dl	18	0,6	0,3	0,5	0,3	1,8	0 – 0,8	0,2 – 2,0
ALT	UI/L	18	194,9	130,2	145,0	83,0	607,0	22,0 – 70,0	43,3 – 194,3
FA	UI/L	18	62,2	24,8	55,0	33,0	110,0	20,0 – 80,0	-
Glucose	mg/dl	18	83,2	15,8	85,0	56,1	103,4	23,4 – 106,3	77,5 – 135,1
Prot. totais	g/dl	18	7,1	1,2	6,9	5,6	9,4	4,4 – 6,2	4,4 – 8,8
Albumina	g/dl	18	3,2	0,3	3,2	2,5	3,6	2,1 – 3,1	2,7 – 4,2
Globulinas	g/dl	18	3,9	1,2	3,4	2,4	6,9	1,6 – 3,2	1,7 – 4,8
Rácio A:G	-	18	0,9	0,2	0,9	0,4	1,3	-	0,71 – 1,41
Cálcio total	mg/dl	18	10,1	0,8	10,2	8,7	12,7	5,8 – 10,2	5,2 – 12,8
Amilase	UI/L	18	882,2	165,8	849,0	678	1379	<1500	-

**Tabela 1.** Resultados de bioquímica sérica obtidos e respetivos valores de referência. VR<sup>1</sup> – valores de referência adaptados de Bexton & Robinson (2003); VR<sup>2</sup> – valores de referência adaptados de Rossi *et al.* (2014); N – Número de animais avaliados; Mín – valor mínimo; Máx – valor máximo; Unid. – unidades de medida; ALT – alanina aminotransferase; FA – Fosfatase alcalina; Prot. totais – Proteínas totais; Rácio A:G – Rácio Albumina:Globulina; “-“ sem resultado.

#### 4.2. Biometrias

A média da amostra relativa ao peso vivo fixou-se nos 499,9 g, tendo o ouriço mais pesado 795 g e o mais leve 298 g. A média do comprimento do corpo estabeleceu-se nos 26,4 cm, com o animal maior a alcançar os 29,1 cm e o menor os 22,9 cm. No que diz respeito ao comprimento da superfície plantar, o animal com o valor maior atingiu os 4,3 cm e o menor 3,3 cm; a média deste parâmetro ficou-se nos 3,9 cm. Por último, o comprimento da mandíbula obteve uma média de 4,3 cm, com o valor maior a apontar os 4,7 cm e o menor os 3,8 cm.

<b>Biometrias</b>	<b>Unid.</b>	<b>N</b>	<b>Média</b>	<b>Desvio padrão</b>	<b>Mediana</b>	<b>Mínimo</b>	<b>Máximo</b>
Peso	g	18	499,9	146,9	470,0	298	795
Corpo	cm	17	26,4	1,7	25,8	22,9	29,1
Sup. Plantar	cm	17	3,9	0,3	3,8	3,3	4,2
Mandíbula	cm	17	4,3	0,3	4,4	3,8	4,7

**Tabela 2.** Resultados de biometria obtidos. N – Número de animais avaliados; Unid. – Unidades de medida.

A tabela referente aos valores biométricos de cada indivíduo pode ser consultada em anexo.

Relativamente à premissa apontada por Haigh *et al.* (2013), verificou-se que todos os indivíduos avaliados apresentavam um comprimento corporal superior a 16 cm, 15 deles exibiam um comprimento das superfícies plantares superiores a 3,6 cm e em apenas 5 o comprimento da mandíbula era superior a 4,5 cm.

	<b>Comprimento corpo</b>		<b>Comprimento sup. plantar</b>		<b>Comprimento mandíbula</b>	
	<b>&lt; 16 cm</b>	<b>≥ 16 cm</b>	<b>&lt; 3,6 cm</b>	<b>≥ 3,6cm</b>	<b>&lt; 4,5 cm</b>	<b>≥ 4,5 cm</b>
Nº de animais (N=17)	0	17	2	15	12	5

**Tabela 3.** Resultados agrupados com base no princípio exposto por Haigh *et al.* (2013). N – Número de animais avaliados.

#### **4.3. Frequência Respiratória e Temperatura rectal**

A média da frequência respiratória medida em repouso foi de 31 rpm e a média medida sob anestesia foi de 7 rpm. Um dos indivíduos registou valores altos nestes dois parâmetros, 40 rpm em repouso e 18 rpm anestesiado.

A temperatura rectal dos 15 ouriços avaliados variou entre os 32,1 °C e os 35,2 °C, perfazendo uma média de 33,2 °C.

A informação obtida relativa às frequências e à temperatura de cada um dos ouriços pode ser consultada em anexo.

#### **4.4. Urina**

Na tabela que se segue estão apresentados os resultados obtidos no teste efetuado com as tiras reativas de urina de cada animal:

ID	Uro	Glu	Bil	C.Cet	San	pH	Prot	Creat	Nit	Leu
1	0,1	neg.	neg.	neg.	10	6	neg	10	neg.	75
2	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
3	0,1	neg.	neg.	neg.	250	6	neg.	10	neg.	neg.
4	0,1 - 1	neg.	neg.	neg.	250	6	neg.	10	neg.	neg.
5	0,1 - 1	neg.	neg.	neg.	neg.	6	traços	10	neg.	neg.
6	0,1 - 1	neg.	neg.	neg.	250	6	neg.	10	neg.	neg.
7	0,1 - 1	neg.	neg.	neg.	neg.	6	traços	100	neg.	neg.
8	0,1 - 1	neg.	neg.	neg.	250	6	neg.	100	neg.	neg.
9	0,1 - 1	neg.	neg.	neg.	neg.	6	30	100	neg.	neg.
10	0,1	neg.	neg.	neg.	neg.	6	neg.	10	neg.	neg.
11	0,1 - 1	neg.	neg.	neg.	neg.	6	neg.	10	neg.	neg.
12	0,1	neg.	neg.	neg.	s/hem 10	6	neg.	100	neg.	neg.
13	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
14	0,1	neg.	neg.	neg.	neg.	6	neg.	10	neg.	neg.
15	0,1	neg.	neg.	neg.	s/hem 10	5,5	traços	100	neg.	neg.
16	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
17	0,1 - 1	neg.	neg.	neg.	neg.	6	traços	10	neg.	neg.
18	0,1 - 1	neg.	neg.	neg.	10	5,5	neg.	10	neg.	neg.

**Tabela 4.** Resultados do exame da urina realizado com as tiras reativas de urina. ID – número identificativo de cada animal da amostra; Uro – Urobilinogénio (mg/dl); Glu – Glucose (mg/dl); Bil – Bilirrubina (negativo ou positivo); C.Cet – Corpos Cetónicos (mg/dl); San – Sangue (glóbulos vermelhos/ $\mu$ l); Prot – Proteínas (mg/dl); Creat – Creatinina (mg/dl); Nit – Nitritos (negativo ou positivo); Leu – Leucócitos (glóbulos brancos/ $\mu$ l); neg. – negativo; s/hemólise – presença de eritrócitos intactos; “-” – não avaliado

No exame da urina realizado com as tiras reativas verificou-se que todas amostras exibiram um resultado negativo face à presença de glucose, bilirrubina, corpos cetónicos e nitritos. De todos os animais avaliados apenas um continha leucócitos na urina e a grande maioria tinha um pH urinário de 6, sendo que apenas 2 apresentaram um valor de 5,5. Relativamente à presença de urobilinogénio os resultados encontrados variaram entre 0,1 e 1 mg/dl e, quanto à concentração de creatinina na urina, observou-se um valor de 10 mg/dl em 10 animais e de 100mg/dl em 5. Foi encontrada proteína na urina de 5 ouriços, sendo que em 4 amostras foram detetados traços de proteína e a outra continha uma concentração igual a 30 mg/dl.

Em 15 animais, 8 obtiveram resultado positivo para a presença de sangue oculto na urina. De entre os 8, 6 demonstraram ter eritrócitos que sofreram hemólise e os 2 restantes eritrócitos intactos.

A densidade urinária variou entre os 1,004 e os 1,050.



#### 4.5. Raio-X

A otimização da imagem radiográfica obteve-se aquando do uso dos valores de 60 KV, 10 mA e 0,1 segundos (1 mAs).

#### 4.6. Fezes

##### 4.6.1. McMaster, Método de Flutuação e Método de Sedimentação Natural

O Método de Flutuação evidenciou a presença de ovos de *Capillaria* spp. em 7 animais e oocistos de *Isospora* spp. em 8 animais.



**Figura 15.** Ovo de *Capillaria* spp. Método de Flutuação. (ampliação de 200x) (fotografia original)

Com recurso à câmara de McMaster foi possível quantificar o número de ovos de *Capillaria* spp. e de oocistos de *Isospora* spp por grama de fezes:

ID	Ovos de <i>Capillaria</i> spp. (OPG)	Oocistos de <i>Isospora</i> spp. (OPG)
1	-	3050
6	750	300
7	150	< 50
8	1250	150
10	1400	< 50
11	350	-
14	-	1700
15	-	< 50
17	2200	5550
18	450	-

**Tabela 5.** Valores obtidos na contagem de ovos por grama de fezes (OPG); ID – número identificativo de cada animal da amostra; “-” – resultado negativo

Os animais nº 7, 10 e 15 apresentaram resultado positivo para *Isospora* spp no método de Flutuação, mas não foram observados oocistos na câmara de McMaster e, por isso considera-se que apresentam uma quantidade inferior a 50 oocistos por grama de fezes.

Os animais com resultados positivos apresentaram uma carga parasitária considerável: entre 150 e 2200 ovos de *Capillaria* spp. por grama de fezes e menos de 50 até 5550 oocistos de *Isospora* spp. por grama de fezes.

O Método de Sedimentação não revelou a presença de tremátodes ou acantocéfalos em nenhum dos animais, contudo, em 4 animais, foram observadas larvas de nemátodes pulmonares da espécie *Crenosoma striatum*.

#### 4.6.2. Técnica de Baermann-Moraes

Através desta técnica verificou-se a presença de larvas de nemátodes pulmonares da espécie *Crenosoma striatum* em 7 ouriços. O nível da carga parasitária variou entre estes, sendo que 3 deles apresentavam uma carga baixa, outros 3 uma carga média e 1 uma carga alta.



**Figura 16.** Larva de *Crenosoma striatum*. Técnica Baermann-Moraes. (ampliação de 100x) (fotografia original)

### 5. Discussão

Visto que o estudo efetuado com esta espécie teve como objetivo principal a compreensão dos procedimentos e a forma de os executar quando nos deparamos com um ouriço na prática clínica, a interpretação dos resultados vai ser feita considerando as amostras como um todo, não sendo discutidos os resultados individuais de cada animal detalhadamente.

## 5.1 Bioquímica

O estabelecimento de valores de referência em animais selvagens é complicado, visto que os resultados podem sofrer modificações resultantes da presença de doenças subclínicas, do stress provocado pela permanência em cativeiro (Rossi *et al.*, 2014) e da alteração da dieta enquanto cativos.

Em comparação com os valores de referência citados em Bexton & Robinson (2003), os animais deste estudo apresentaram, em média, um aumento da atividade da enzima hepática alanina aminotransferase (ALT) e concentrações aumentadas de ureia, proteína, albumina e globulina. Contudo, a informação sobre os valores de referência, fornecida pelos autores, não dá indicação sobre a população em causa nem sobre o método de recolha e análise, limitando a possibilidade de se conseguir discutir detalhadamente os valores por nós encontrados. Por outro lado, quando avaliada em paralelo com os valores indicados em Rossi *et al.* (2014), a média dos resultados obtidos para cada parâmetro passível de comparação, encontra-se dentro do intervalo de referência, com exceção de um aumento correspondente a 0,6 UI/L da ALT.

Esta divergência de valores de referência, vem enfatizar a limitação que existe em retirar conclusões sobre os resultados obtidos neste estudo.

## 5.2. Biometrias

No estudo realizado por Haigh *et al.* (2013), enuncia-se que um ouriço é considerado juvenil quando ainda não passou pela primeira hibernação ou pelo primeiro inverno e quando os comprimentos do corpo, da superfície plantar posterior e da mandíbula são inferiores a 16 cm, 3,6 cm e 4,5 cm, respetivamente.

A história dos animais estudados apontam para que todos eles estivessem já na fase adulta da sua vida, visto que 5 animais passaram o inverno no Centro de Recuperação e os 13 restantes deram entrada antes do dia 20 de junho - a época reprodutiva inicia-se entre os meses de abril e maio e, considerando-se uma gestação iniciada no princípio de abril com uma duração de 31 dias, em junho (com idade no máximo de 1 mês e meio) o comprimento do corpo seria inferior a 16 cm e, todos os animais neste estudo apresentaram um comprimento superior a esse valor.

Visto que todos os indivíduos da amostra são adultos e que se verificou que 2 deles apresentaram um comprimento da superfície plantar posterior inferior a 3,6 cm e 12 deles um comprimento da mandíbula inferior a 4,5 cm, pode-se concluir que, para a população em estudo e provavelmente para os ouriços em Portugal, a premissa apresentada por Haigh *et al.* (2013) não está correta.

### **5.3. Frequência Respiratória e Temperatura rectal**

A média da frequência respiratória dos ouriços anestesiados sofreu uma descida de cerca de 1/3 da média de frequência respiratória observada nos animais em repouso (31 respirações por minuto em repouso para as 7 respirações por minuto quando anestesiado), havendo 1 indivíduo com uma frequência correspondente a 2 rpm, o que é bastante baixo, visto que em repouso tinha 32 rpm. Com isto, é possível aferir que os ouriços apresentam grande sensibilidade ao isoflurano. No entanto, houve 1 indivíduo (indivíduo 6) onde se verificou uma frequência respiratória sob anestesia de 18 rpm, mas tratava-se de um animal com uma grande carga parasitária de nemátodes pulmonares, com provável alteração do sistema respiratório, o que pode ter tido influência na absorção, na distribuição e/ou na eliminação do anestésico.

A monitorização da temperatura revelou que, em geral, ocorreu uma redução da temperatura durante a anestesia geral, comparativamente com o valor de 35 °C referido na literatura (Morris, 2014; Bexton & Robinson, 2003), sendo que a maior diferença foi de 2,9 °C e que em 2 animais a temperatura manteve-se.

### **5.4. Urina**

Para a medição da densidade urinária recorreu-se ao uso de um refratómetro, uma vez que os resultados dados pela tira urinária não são tão fiáveis: uma concentração moderada ou alta de proteína na urina pode provocar um falso aumento da densidade; a urina alcalina pode levar a uma baixa densidade e a presença de um alto componente lipídico na urina pode alterar o resultado, aumentando ou baixando a densidade urinária (informação fornecida pela marca das tiras reativas utilizadas, [http://uranovet.com/wp/wp-content/uploads/2015/09/TXT-4022-01-19052015.-Uranotest-11C\\_insert\\_english\\_with-cutting-marks.pdf](http://uranovet.com/wp/wp-content/uploads/2015/09/TXT-4022-01-19052015.-Uranotest-11C_insert_english_with-cutting-marks.pdf)).

Os valores das densidades urinárias obtidas abrangem um intervalo alargado (de 1,004 a 1,050). Contudo, a densidade da maioria dos animais (9 em 15 indivíduos) fixou-se entre os 1,030 e os 1,050, o que sugere que o intervalo de referência da densidade urinária se estabeleça entre estes valores nesta espécie.

Na urina de 8 animais verificou-se a presença de sangue oculto, o que indica hematúria, hemoglobinúria ou miohemoglobinúria. Apesar de hematúria ser uma situação mais comum que as outras 2, nenhuma conclusão se pode retirar visto que para isso se necessitaria de proceder a uma análise do sedimento urinário e, de preferência, com urina recolhida por cistocentese.

O teste da presença de proteínas na urina foi positivo para 5 animais (4 animais apresentaram traços e 1 tinha uma concentração de 30 mg/dl), o que pode significar uma perda considerável de proteína pela urina quando estamos presentes densidades urinárias baixas, o

que não se verificou em nenhum destes animais. Para se conseguir aferir algo mais acerca da proteinúria nestes indivíduos era necessário avançar para um exame de sedimento. É possível, no entanto calcular a proporção proteína:creatinina do animal nº 9:  $\frac{30}{100} = 0,3$ , o que significa ausência de proteinúria significativa.

Interpretation UPC	Protein [ mg/dl ]	Creatinine (mg/dL)				
		10	50	100	200	300
	5-20	Very abnormal	Normal	Normal	Normal	Normal
	30	Very abnormal	Abnormal	Normal	Normal	Normal
	100	Very abnormal	Very abnormal	Abnormal	Abnormal	Normal
	300	Very abnormal	Very abnormal	Very abnormal	Very abnormal	Abnormal
	1000	Very abnormal	Very abnormal	Very abnormal	Very abnormal	Very abnormal

	Normal	Abnormal	Very abnormal
UPC	< 0,5	0,5 - 1	> 1

**Figura 17.** Proporção proteína:creatinina. (<http://uranovet.com/wp/wp-content/uploads/2015/09/Interpretation-UPC.pdf>).

Os resultados dos restantes parâmetros avaliados são normais.

## 5.5. Fezes

A presença frequente de endoparasitas no trato gastrointestinal e nos pulmões do ouriço torna a coprologia um exame complementar importante a ser realizado nesta espécie. É um exame fácil de executar e que, com alguma criatividade, é possível sem recurso a materiais muito especializados.

Nenhuma informação relativa a estudos feitos em ouriços habitantes no nosso país foi encontrada, mas há registo de ensaios realizados na Alemanha, por Laux (1987) e Wieland (2007); na Noruega, por Keymer *et al.* (1991); em Itália por Poglayen *et al.* (2003) (Gaglio *et al.*, 2010) e no Reino Unido por Gaglio *et al.* (2010).

No estudo coprológico desenvolvido apenas foram identificados protozoários e nemátodes.

O protozoário presente nos animais pertence ao género *Isospora* spp., sendo que a diferenciação entre *Isospora rastegaiev* e *I. erinacei* não foi realizada. A observação de oocistos esporulados permitiu verificar que estávamos perante a presença de *Isospora* spp. (2 esporocistos) e não de *Eimeria* spp. (4 esporocistos).

Apesar de subclínicos, os animais com resultados positivos para *Isospora* spp. foram tratados com trimetoprim – sulfametoxazol: 10 mg/Kg PO, SID durante 5 dias (Carpenter, 2005), para evitar o aparecimento de sintomatologia, como emaciação e diarreia hemorrágica (Bexton & Robinson, 2003).

Os nemátodes encontrados pertencem aos géneros *Crenosoma* sp. e *Capillaria* spp.

A distinção entre as espécies de *Capillaria* spp. – *C. aerophila*, *C. erinacei* e *C. ovoreticulata* - é difícil sem recorrermos a medição dos ovos, contudo, a presença de *Capillaria aerophila*, assim como de *Crenosoma striatum*, é bastante mais comum no ouriço em comparação com as restantes 2 espécies (Stocker, 2000). Além deste facto, a presença conjunta destes dos nemátodes pulmonares é muito usual (Bexton & Robinson, 2003). Posto isto, é muito provável que os parasitas mais frequentes na nossa população sejam também *C. aerophila* e *Crenosoma striatum*, mas seria desejável um estudo mais profundo para confirmar esta suspeita.

Embora apenas o indivíduo 6 apresentasse sinais respiratórios (frequência respiratória mais elevada e movimentos respiratórios mais marcados), todos os indivíduos com resultados positivos no exame coprológico foram tratados com o anti-helmíntico fenbendazole: 100 mg/Kg PO, SID durante 5 dias (Bexton & Robinson, 2003), uma vez que a presença destes parasitas pode ter impacto negativo na sobrevivência do hospedeiro, especialmente em situações de stress (como o facto de estarem em cativeiro), na hibernação ou na época reprodutiva (Derting & Compton, 2003 citado em Pfäffle, 2010).

## 6. Conclusão

Ao contrário do que possa parecer, o exame clínico de um ouriço não é fácil. Só à medida que se foi experienciando *in vivo* e através de tentativa-erro é que se conseguiu aferir qual o melhor método a aplicar em cada etapa e, assim, levar o estudo adiante e obter as amostras pretendidas, aplicando algumas alterações e melhoramentos do protocolo pensado inicialmente.

A falta de informação acerca desta espécie gerou algumas resistências à fluidez do desenvolvimento do processo, contudo estas não foram impeditivas para a realização do estudo. Posteriormente à avaliação e tratamentos realizados, os animais foram libertados na natureza.

Uma vez que o ouriço é um mamífero que apresenta uma vasta área de distribuição geográfica, uma densidade populacional considerável por todo o continente europeu e, consequentemente, um paciente recorrente nos centros de recuperação de fauna selvagem, considero que é importante um aprofundamento do conhecimento desta espécie, principalmente a nível clínico, através da realização de mais estudos como os realizados durante este estágio, de forma a obter uma maior quantidade de amostras para estabelecer valores de referência mais consistentes.

Julgo que, devido às dificuldades no exame clínico e na recolha de amostras para exames complementares, assim como à necessidade em anestesiá-los, esta espécie é um bom modelo para praticar uma série de metodologias na iniciação à clínica de animais selvagens.

Dois estudos interessantes a efetuar seria verificar a existência de possíveis diferenças nos resultados obtidos entre ouriços provenientes de meios rurais e de meios urbanos, de forma a tentar perceber-se se o impacto que a migração para áreas urbanas tem nesta espécie se reflete nalgum destes parâmetros clínicos básicos; e o levantamento dos dados biométricos antes e depois da primeira hibernação (ou inverno), para tentar estabelecer quais são os valores que distinguem um juvenil de um adulto desta espécie em Portugal.

## 7. Outras atividades desenvolvidas durante o período de estágio

Durante o estágio curricular realizado no Centro de Recuperação de Fauna Selvagem do Parque Biológico de Gaia desenvolvi várias atividades não relacionadas com o objeto específico de estudo deste trabalho. Efetivamente, um dos objetivos deste estágio era ganhar competências na clínica de animais selvagens, em toda a sua complexidade, visto o escasso treino sobre este assunto providenciado durante o curso do ICBAS. Sumariamente, estas atividades consistiram no acompanhamento e manejo clínico de aves, mamíferos e répteis, nomeadamente exame de estado geral, obtenção de amostras de sangue, fecais e de zaragatoas, limpeza e desinfeção de lesões, colocação de pensos, imobilização de membros, realização de exames radiográficos e cirurgias, realização de desparasitações, colocação de anilhas, alimentação de crias, libertações de animais, entre outros.

Na tabela que se segue são expostos os valores relativamente à casuística de animais que deram entrada na clínica e que eu tive a possibilidade de acompanhar:

	Aves	Mamíferos	Répteis	Total
Número de animais	98	45	43	186

**Tabela 6.** Número de animais acompanhados durante o período de estágio

A maioria das aves que deram entrada no período de estágio foram gaivotas (*Larus michahellis*) e pombos (*Columba livia*) com fratura de membro e, sendo que a maior parte das fraturas eram de difícil recuperação e estes animais não estão em situação desfavorável em termos de conservação, foram eutanasiados. Depois da gaivota e do pombo, as aves com qual

tive mais contacto foram aves de rapina noturnas, como a coruja-do-mato (*Strix aluco*) e o mocho-galego (*Athene noctua*) (figura 21), muitas delas entregues no centro, em idade juvenil, por particulares ou autoridades competentes que as encontraram caídas do ninho. Quando necessário, estas crias foram alimentadas manualmente e, em todas elas, foram colocadas anilhas para facilitar a sua identificação. Também tive a oportunidade de acompanhar aves de rapina como a águia-de-asa-redonda (*Buteo buteo*), o açor (*Accipiter gentilis*) e o peneireiro-vulgar (*Falco tinnunculus*) (figura 22). Com o início da primavera começaram a chegar muitas crias de aves com necessidade de alimentação manual, especialmente crias de melro-preto (*Turdus merula*) e adultos de andorinhões-pretos (*Apus apus*) com dificuldades em voar por falha nas penas primárias, por exemplo.

Os andorinhões são aves que passam a maior parte da sua vida no ar e só pousam na época de reprodução para nidificar. Como a taxa de sucesso de recuperação de um andorinhão adulto é baixa, sobretudo porque é bastante difícil alimentá-los (como eles se alimentam durante o voo, no centro é necessário fazer alimentação forçada e, a maior parte das vezes, eles regurgitam o alimento fornecido), procedemos a um transplante de penas primárias num animal com falha de algumas penas primárias em ambas as asas, na tentativa de lhe devolver a capacidade de voo e assim podermos libertá-lo. O processo consistiu em recolher as penas necessárias de um andorinhão que tinha morrido e transplantá-las para o andorinhão vivo. Para isso foi preciso garantir que as penas fossem transplantadas com o tamanho e direção adequados de forma a preservar, o máximo possível, a anatomia da asa. Nesta operação usamos “clips” esticados e supercola 3 para unir a parte oca (cálamo) da pena “dadora” ao folículo “recetor”. Apesar de termos conseguido um bom resultado no transplante, a ave não conseguiu voar, possivelmente devido à falta de 2 penas primárias que não puderam ser recuperadas por falta de folículo.



**Figura 18.** Transplante de penas andorinhão-preto (*Apus apus*) (fotografias originais)



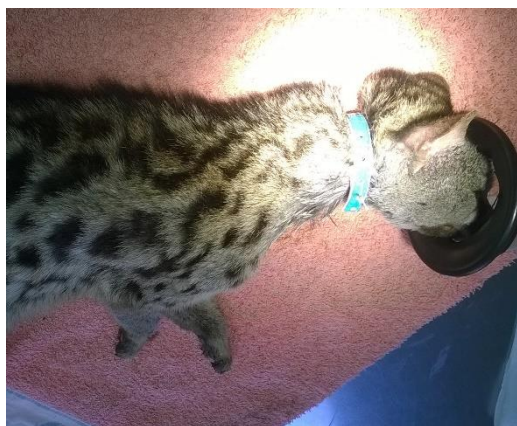
Os mamíferos que apresentaram um maior número de entradas foram os ouriços-cacheiros, seguidos pelos coelhos domésticos, que foram entregues pelos proprietários. Durante o meu estágio tive também contacto com ginetas (*Genetta genetta*), sendo que uma delas foi encontrada dentro de um galinheiro, entregue ao centro e, após exame de estado geral e recolha de sangue, libertada no Parque da Cidade do Porto; com 3 lontras (*Lutra lutra*) (figura 23), todas elas juvenis; furões (*Mustela putorius*) e cães-da-pradaria (*Cynomys spp.*) entregues pelos proprietários; morcegos (figura 24) e 3 raposas (*Vulpes vulpes*), sendo uma delas juvenil.

De entre os répteis, as tartarugas semi-aquáticas foram as mais observadas, seguidas, de longe, pelas iguanas. Outros exemplos de répteis com os quais tive contacto foram cobras, cobra-de-escada (*Rhinechis scalaris*) e cobra-ferradura (*Hemorrhois hippocrepis*) (figura 25), cágado-comum (*Mauremys leprosa*) e 1 sardão (*Lacerta lepida*) (figura 26).

Para além dos animais que entraram no centro durante o meu estágio, realizei procedimentos em alguns animais pertencentes à coleção do Parque Biológico, desde desparasitações, aparo de bicos, aparo de cascos, corte de dentes, tratamento de ferimentos, fraturas, entre outros. Acompanhei também a extração do dente canino superior direito de uma raposa, que se encontrava gasto e escurecido e com comprometimento da sua sustentação por retração da gengiva e a colocação de coleira GPS nas ginetas do Parque Biológico pelo biólogo Pedro Costa da Universidade de Biologia da Conservação/CIBIO-Évora, com o objetivo de testar a reação da espécie ao dispositivo e assim ser possível monitorizar o comportamento dos animais em meio selvagem (ação desenvolvida pelo projeto Life Lines).



**Figura 19.** Extração dentária raposa (*Vulpes vulpes*) (fotografias originais)



**Figura 20.** Colocação de coleira GPS numa gineta (*Genetta genetta*) (fotografia original)

Neste período fiz também uma formação teórica e prática sobre pirilampos, relacionada com uma atividade aberta ao público que o parque desenvolve todos os anos no mês de junho – “Noite dos Pirilampos” - e que consiste em fazer uma visita guiada por parte do percurso do parque para observação dos pirilampos e identificação da espécie e estágio de vida.

Outra atividade concretizada foi o acompanhamento de 4 aulas práticas da unidade curricular Anatomia Patológica II, do 3º ano do ciclo de estudos do curso de Mestrado Integrado de Medicina Veterinária do Instituto de Ciências Biomédicas Abel Salazar da Universidade do Porto, onde se realizaram necrópsias a animais selvagens provenientes do Centro de Recuperação do Parque Biológico de Gaia, com intuito de apresentar aos alunos uma maior diversidade de animais e elucidá-los um pouco sobre o trabalho que se desenvolve num centro de recuperação de animais selvagens.

## **8. Conclusão final**

A experiência de estagiar no Centro de Recuperação de Fauna Selvagem do Parque Biológico de Gaia foi bastante gratificante e importante, tanto a nível profissional como a nível pessoal, pois além de ter sido a ponte de ligação entre o mundo académico e a realidade do mundo de trabalho, possibilitou também o contato com animais que, desde nova, me suscitam interesse e que tiveram grande peso na escolha do curso de veterinária.

## 9. Bibliografia

- Bexton S. & Robinson I. (2003) "BSAVA Manual of Wildlife Casualties." **BSAVA**, 1ª Ed., 49-65
- Carpenter J. W. (2005) "Exotic Animal Formulary" **Saunders**, 3ª Ed, 360-373
- Centro de Recuperação de Fauna Selvagem do Parque Biológico de Gaia (2015) "Relatório de Atividades 2015"
- Costa M. & Alexandre N. (2011) "Anestesia volátil e Monitorização anestésica." **Universidade de Évora**, 30-32
- Filho F. *et al.* (1995). "Efeitos cardiovasculares e respiratórios em cães anestesiados com diferentes concentrações de isoflurano." **Revista Brasileira de Ciência Veterinária** 2(2), 35-38
- Gaglio G. *et al.* (2010) "Parasites of European hedgehogs (*Erinaceus europaeus*) in Britain: epidemiological study and coprological test evaluation." **European Journal of Wildlife Research** 56, 839–844
- Gaspar R. (2011) "À descoberta dos bichos – Ouriço-cacheiro." **Pais & Filhos** outubro 2011, 58-59
- Haigh A. *et al.* (2013) "Non-invasive methods of separating hedgehog (*Erinaceus europaeus*) age classes and an investigation into the age structure of road kill." **Acta Theriologica** 59, 165-171
- Haigh A. *et al.* (2014) "Hedgehog *Erinaceus europaeus* mortality on Irish roads." **Wildlife Biology** 20, 155-160
- Hajipour N. *et al.* (2015) "Hedgehogs (*Erinaceus europaeus*) as a Source of Ectoparasites in Urban-suburban Areas of Northwest of Iran." **Journal of Arthropod-Borne Diseases** 9(1), 98–103
- Hof A. R. *et al.* (2012) "Food or fear? Predation risk mediates edge refuging in an insectivorous mammal." **Animal Behaviour** 83, 1099-1106

Hubert P. *et al.* (2011) "Ecological factors driving the higher hedgehog (*Erinaceus europaeus*) density in an urban area compared to the adjacent rural area." **Landscape and Urban Planning** 103, 34-43

Moens Y. & Coppens P. (2007) "BSAVA Manual of Canine and Feline Anaesthesia and Analgesia", **BSAVA**, 2ª Ed, 62-79

Morris P. (2014) "Hedgehogs (The British Natural History Collection)." **Whittet Books Ltd.**, 3ª Ed, 8-25, 127-130

Pfäffle M. (2010) "Influence of parasites on fitness parameters of the European hedgehog (*Erinaceus europaeus*)" Tese de Doutorado, **Universidade de Heilbronn**, Alemanha, 17-22, 185

Poel J. *et al.* (2015) "Dutch hedgehogs *Erinaceus europaeus* are nowadays mainly found in urban areas, possibly due to the negative effects of badgers *Meles meles*." **Wildlife Biology** 21, 51–55

Rautio A. *et al.* (2016) "Mortality, diseases and diet of European hedgehogs (*Erinaceus europaeus*) in an urban environment in Finland." **Mammal Research** 61, 161-169

Riley P. Y. & Chomel B. B. (2005). "Hedgehog Zoonoses." **Emerging Infectious Diseases** 11, 1-5

Rossi G. *et al.* (2014). "Hematologic and biochemical variables of hedgehogs (*Erinaceus europaeus*) after overwintering in rehabilitation centers." **Veterinary Clinical Pathology** 43/1, 6-14

Stocker L. (2000) "Practical Wildlife Care." **Wiley-Blackwell**, 1ª Ed, 185-187

**Online:**

<http://www.wildlifeonline.me.uk> (15/04/16)

<http://www.iucnredlist.org> (29/05/16)

<http://www.pet-informed-veterinary-advice-online.com/fecal-flotation.html> (28/06/16)

<http://uranovet.com/wp/wp-content/uploads/2015/09/Interpretation-UPC.pdf> (26/05/16)

<http://paquimetro.reguaonline.com> (28/06/16)

<http://wildpro.twycrosszoo.org> (11/04/16)

<http://www.marienfeld-superior.com/index.php/counting-chambers/articles/counting-chambers-mcmaster-with-3-grids.html> (25/05/16)

## 10. Anexos

### Anexo I



**Figura 21.** Pesagem cria de Mocho-galego (*Athene noctua*) (fotografia original)



**Figura 22.** Peneireiro-vulgar (*Falco tinnunculus*) com fratura do 2º metacarpo direito (fotografia original)



**Figura 23.** Avaliação de estado geral e desparasitação lontra (*Lutra lutra*) coleção (fotografia original)



**Figura 24.** Morcego infestado por larvas de mosca (fotografia original)



**Figura 25.** Cobra-ferradura (*Hemorrhois hippocrepis*) (fotografia original)



**Figura 26.** Sardão (*Lacerta lepida*) (fotografia original)

## Anexo II

**Tabela 7.** Resultados individuais de bioquímica sérica (ID - número identificativo de cada animal da amostra; Ureia (mg/dl); Creat – Creatinina (mg/dl); ALT – alanina aminotransferase (UI/L); FA – Fosfatase alcalina (UI/L); Glu – Glucose (mg/dl); Prot. totais – Proteínas totais (g/dl); Alb – Albumina (g/dl); Glob – Globulinas (g/dl); Cálcio total (mg/dl) e Amilase (UI/L)):

ID	Ureia	Creat	ALT	FA	Glu	Prot. totais	Alb	Glob	Alb/ Glob	Cálcio total	Amilase
1	77,9	0,4	238	51	87,0	5,8	3,2	2,6	1,2	9,8	756
2	91,9	0,5	83	57	97,5	5,7	3,0	2,7	1,1	10,2	904
3	108,3	0,4	132	63	61,0	6,1	3,2	2,9	1,1	10,3	711
4	74,9	0,5	170	42	103,2	6,9	3,6	3,3	1,1	10,1	786
5	97,9	0,5	110	110	70,7	7,7	3,5	4,2	0,8	10,6	958
6	36,7	0,4	178	107	71,8	8,6	3,2	5,4	0,6	8,7	875
7	73,4	0,7	124	63	102,5	8,6	3,5	5,1	0,7	10,5	1065
8	77,3	0,4	151	59	83,0	6,2	2,8	3,4	0,8	9,3	917
9	94,1	0,5	127	53	65,1	7,6	3,2	4,4	0,7	9,9	968
10	63,7	0,5	132	33	103,4	6,3	3,1	3,2	1,0	9,7	810
11	96,0	0,5	239	40	62,7	6,3	3,1	3,2	1,0	10,2	803
12	62,7	0,5	139	40	95,8	5,6	3,2	2,4	1,3	10,4	774
13	336,8	1,8	102	50	56,1	8,6	3,2	5,4	0,6	12,7	1379
14	49,6	0,3	607	76	94,0	6,8	3,4	3,4	1,0	9,9	855
15	115,3	1,1	310	110	80,8	6,3	3,1	3,2	1,0	9,5	740
16	80,8	0,6	108	44	87,8	8,2	3,5	4,7	0,7	10,4	678
17	53,2	0,6	161	80	76,3	7,3	3,2	4,1	0,8	10,2	1057
18	89,2	0,5	397	42	98,7	9,4	2,5	6,9	0,4	9,3	843

**Tabela 8.** Resultados obtidos nas biometrias individuais (ID - número identificativo de cada animal da amostra; “-“ - não avaliado):

ID	Peso (g)	Corpo (cm)	Sup. Plantar posterior (cm)	Mandíbula (cm)
1	349	25,5	3,71	4,29
2	466	25,1	3,78	4,12
3	446	25,7	3,82	4,38
4	441	26,4	3,62	4,13
5	355	25,8	4,00	4,08
6	298	22,9	3,27	3,96
7	795	28,8	4,18	4,55
8	474	25,7	3,69	4,46
9	502	25,8	4,12	4,49
10	622	28,6	4,16	4,69
11	478	27,8	4,29	3,96
12	442	25,9	3,61	3,81
13	777	29,1	4,21	4,50
14	350	25,1	3,42	4,23
15	359	25,2	3,81	4,67
16	681	-	-	-
17	622	28,3	3,91	4,55
18	541	27,5	3,94	4,47



**Tabela 9.** Frequências respiratórias em repouso e sob anestesia e temperatura rectal sob anestesia de cada indivíduo da amostra (ID - número identificativo de cada animal da amostra; rpm – respirações por minuto; “-“ – não avaliado):

ID	Frequência respiratória repouso (rpm)	Frequência respiratória anestesia (rpm)	Temperatura rectal anestesia (°C)
1	28	4	32,3
2	24	4	32,8
3	36	8	-
4	30	4	33,5
5	28	6	33,1
6	40	18	32,1
7	34	8	35,1
8	36	10	32,4
9	34	10	33,5
10	32	2	33,8
11	28	6	32,4
12	24	6	32,5
13	-	-	-
14	28	6	32,3
15	36	8	35,2
16	-	-	-
17	36	8	33,0
18	28	10	34,1

## Anexo III

**Esquema 1.** Protocolo final seguido para avaliação dos animais da amostra (na recolha de fezes e na medição da frequência respiratória em repouso não houve manuseamento do animal):

